

UNIVERSIDADE FEDERAL DE SANTA CATARINA
CENTRO DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS
CURSO DE AGRONOMIA

PISCICULTURA DE ÁGUA DOCE
Reprodução de Jundiá (*Rhamdia quelen*).

Leirson Vicente

Florianópolis - 2007/1

UNIVERSIDADE FEDERAL DE SANTA CATARINA
CENTRO DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS
CURSO DE AGRONOMIA

PISCICULTURA DE ÁGUA DOCE
Reprodução de Jundiá (*Rhamdia quelen*).

Aluno: Leirson Vicente

Orientador: Evoy Zaniboni Filho

Supervisor: Marcos Weingartner

**Projeto de estágio de conclusão de curso,
apresentado ao curso de agronomia para
obtenção do título de Engenheiro Agrônomo.**

Florianópolis - 2007/1

AGRADECIMENTOS

Aos meus pais, Odi e Ingrid, pelo apoio e ajuda prestada durante o curso de Agronomia.

Aos meus amigos da república, pela amizade, pelas conversas e pelo tempo de convívio.

À Manuela, pela ajuda e sugestões na elaboração deste relatório.

Ao Marcos, pelo acompanhamento no decorrer do estágio e pelas correções e sugestões na elaboração do relatório.

Aos funcionários do LAPAD, pela cooperação na realização dos trabalhos realizados.

SUMÁRIO

AGRADECIMENTOS	iii
SUMÁRIO	iv
LISTA DE FIGURAS.....	v
LISTA DE ABREVIATURAS	vi
RESUMO	vii
1 INTRODUÇÃO	8
1.1 PISCICULTURA NO BRASIL E NO MUNDO.....	8
1.2 IMPLANTAÇÃO DE UM SISTEMA DE CULTIVO	9
1.3 COMERCIALIZAÇÃO	9
1.4 ESTÁGIO	10
2 DESCRIÇÃO DO LOCAL DE ESTÁGIO	12
3 O JUNDIÁ	14
4 OBJETIVOS	16
4.1 OBJETIVO GERAL.....	16
4.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS	16
5 MATERIAL E MÉTODOS	17
5.1 MANUTENÇÃO DE REPRODUTORES	17
5.2 SELEÇÃO DE REPRODUTORES	17
5.3 REPRODUÇÃO INDUZIDA E DESOVA	18
5.4 INDUÇÃO À TRIPLOIDIA.....	20
5.5 INCUBAÇÃO DOS OVOS E LARVICULTURA.....	21
5.6 TRATAMENTO DE ENFERMIDADES	23
5.7 MEDIDAS PROFILÁTICAS	24
5.8 EXPERIMENTO REALIZADO: AVALIAÇÃO A TENDÊNCIA DE CRESCIMENTO DE PÓS- LARVAS DIPLÓIDES E TRIPLÓIDES DO JUNDIÁ (<i>RHAMDIA QUELEN</i>).....	25
6 RESULTADOS E DISCUSSÃO	28
7 CONSIDERAÇÕES FINAIS.....	32
REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	33

LISTA DE FIGURAS

- Figura 1 - Tanques da Fazenda Mapiju. Santo Amaro da Imperatriz/2007.
- Figura 2 - Tanques da Fazenda Mapiju. Santo Amaro da Imperatriz/2007.
- Figura 3 - Jundiá (*Rhamdia quelen*). LAPAD/UFSC/2007.
- Figura 4 - Aplicação do extrato hipofisiário via intramuscular. LAPAD/UFSC/2007.
- Figura 5 - Extrusão de ovócitos de Jundiá (*Rhamdia quelen*). LAPAD/UFSC/2007.
- Figura 6 - Extração de sêmen de Jundiá (*Rhamdia quelen*). LAPAD/UFSC/2007.
- Figura 7 - Vistas lateral das incubadoras, respectivamente. LAPAD/CCA/2007.
- Figura 8 - Vistas superior das incubadoras, respectivamente. LAPAD/CCA/2007.
- Figura 9 - Incubadora com ovos fecundados. LAPAD/CCA/2007.
- Figura 10 - Em destaque a densidade dos ovos. LAPAD/CCA/2007.
- Figura 11 - Larvas de Jundiá (*Rhamdia quelen*). LAPAD/UFSC/2007.
- Figura 12 - Incubação de Artêmias. LAPAD/UFSC/2007.
- Figura 13 - Leitor, aplicador e transponde (em destaque). Fazenda Mapiju/Santo Amaro da Imperatriz/2007.
- Figura 14 - Colocação do transponde em Dourado (*Salminus brasiliensis*). Fazenda Mapiju/Santo Amaro da Imperatriz/2007.
- Figura 15 - Câmara de pressão hidrostática.
- Figura 16 - Figura 16. Prensa Hidráulica. LAPAD/CCA/2007.
- Figura 17 - Retirada dos ovos da câmara de pressão hidrostática. LAPAD/UFSC/2007.

LISTA DE ABREVIATURAS

°C – graus Celsius

CCA – Centro de Ciências Agrárias

EPC – Extrato de Pituitária de Carpa

g – grama

h – horas

Kg – quilograma

LAPAD – Laboratório de Biologia e cultivo de peixes de água Doce

L – litro

m² – metro quadrado

mg – miligrama

mg/Kg – miligrama por quilograma

ml – mililitro

mm – milímetro

ml/Kg – mililitro por quilograma

NaCl – cloreto de sódio

psi – libra por polegada quadrada

pvc – poli cloreto de vinila

SC – Santa Catarina

UFSC – Universidade Federal de Santa Catarina

UHE – Usina Hidrelétrica

2n – diplóides

3n – triplóides

RESUMO

O estágio foi realizado no Laboratório de Biologia e Cultivo de Peixes de Água Doce (LAPAD), pertencente à Universidade Federal de Santa Catarina. O LAPAD pesquisa, estuda e reproduz peixes nativos do alto rio Uruguai. O estágio foi realizado no período de fevereiro a maio de 2007 e teve como objetivo, acompanhar e conhecer as atividades de rotina de um laboratório de pesquisa com peixes de água doce. Durante este período, foi realizado o acompanhamento de trabalhos com o jundiá, quanto a: seleção de reprodutores, reprodução induzida, triploidia, desova, larvicultura, manejo de peixes em tanques de terra, biometria, marcação de animais e medição de algumas variáveis de água, como pH, salinidade, temperatura e oxigênio dissolvido.

1 INTRODUÇÃO

1.1 Piscicultura no Brasil e no Mundo

A piscicultura originou-se na China a cerca de 4 mil anos, onde eram observados peixes em seu ambiente natural. Teve-se a idéia de construir viveiros para aprisioná-los e criá-los, surgindo assim os primeiros cultivos de peixes em cativeiro (Neto, 2001).

No Ocidente os primeiros registros de cultivos de peixes foram no início da era Cristã, onde os peixes eram capturados no mar e aprisionados em piscinas, para serem consumidos em épocas de escassez de alimento ou em épocas onde estas espécies não estavam disponíveis para serem capturadas. Observou-se então que era possível o cultivo de peixes para posterior utilização destes animais, mantendo assim um fornecimento de alimento constante (Neto, 2001).

O cultivo de peixes no Brasil teve início aproximadamente no ano de 1904, onde foram observadas e estudadas espécies primeiramente nativas de regiões do país, que acabaram por dar início às primeiras reproduções em cativeiro. Inicialmente, o cultivo de peixes foi difundido em regiões ditas pobres, para servir como uma nova alternativa alimentar e uma opção de povoamento destas regiões. Contudo, o grande avanço tecnológico e produtivo ocorreu após a Segunda Guerra Mundial (1939-1945), onde então foram criadas condições de desenvolvimento e difusão do cultivo de peixes em âmbito mundial, como: a utilização de oxigênio no transporte de animais a longas distâncias, caixas de transporte apropriadas e tranquilizantes (Ostrensky & Boerger, 1998).

Nos últimos anos no Brasil, a demanda e a produção de pescado vem apresentado um crescimento contínuo. A partir da década de 60 houve incentivos por parte do governo federal, que impulsionou a expansão desta atividade no país. Hoje a região Sul e Sudeste são as que produzem uma maior quantidade de pescado, sendo que a produção destina-se principalmente ao mercado interno, que hoje apresenta aproximadamente um consumo médio de peixes por pessoa/ano de 5,8 Kg (Castagnolli, 2004).

A piscicultura vem se tornado uma prática comum nas propriedades rurais, trazendo cada vez mais uma fonte de renda importante para o meio agrícola; em alguns casos, adquirindo papel principal na economia da propriedade. Essas, na sua maioria, são de pequenas dimensões, geralmente não ultrapassando 20 hectares, onde encontra

na piscicultura, uma fonte de renda expressiva em uso de uma pequena área, encontrando-se assim tanques para a criação de peixes que se destinam para o consumo próprio e venda.

1.2 Implantação de um Sistema de Cultivo

Para implantação de um sistema de cultivo devem-se levar alguns fatores em consideração, como: a declividade do terreno, textura do solo e ponto de captação da água. Visando minimizar os custos de implantação, devemos utilizar áreas com pequeno declive, livres de pedras, tocos de árvores e outros objetos que dificultem o trabalho. O solo deve oferecer uma textura areno-argilosa para possibilitar o trabalho do maquinário, formação das barragens e minimização da percolação de água acondicionada no tanque (Proença & Bittencourt, 1994).

O sistema de captação e escoamento de água deve ser feito por gravidade e, para que isto ocorra naturalmente, é imprescindível que este parâmetro seja observado no início da construção dos tanques. Uma construção mal feita acarretará em uma série de problemas, como a necessidade de bombeamento e represamento da água em tanques. Este é um fator muito importante a ser observado na implantação de um sistema de cultivo de peixes, uma vez que poderá garantir o sucesso ou o fracasso da produção, pois leva a redução do custo de produção, fator indispensável a ser observado (Proença & Bittencourt, 1994).

1.3 Comercialização

Embora se tenha o conhecimento das técnicas para o cultivo dos peixes e uma boa produtividade, o problema enfrentado pelos piscicultores é a falta de mercado ou um frigorífico apropriado para o abate, processamento e comercialização do pescado de água doce, fazendo com que em muitos casos, os açudes fiquem ociosos, dificultando assim a expansão da atividade.

Um problema encontrado atualmente, para a instalação de uma unidade de processamento de pescado de água doce de médio a grande porte, em varias regiões do País, é o volume do pescado produzido, ainda considerado pequeno para manter esse tipo de unidade de processamento. Dificilmente uma unidade processadora, irá conseguir um fornecimento de matéria prima constante, durante todas as estações do

ano (Poli *et al.*, 2000). Por este motivo, os empreendimentos têm uma maior ocorrência de vendas de seus produtos, dentro dos municípios, onde se localizam as propriedades agrícolas produtoras de peixes. Hoje a comercialização da produção caracteriza-se por se concentrar num mercado bastante localizado. Somente uma pequena parcela é negociada com outros Estados e Municípios. A época de comercialização é influenciada pela temperatura do ambiente, ocorrendo uma maior venda nos meses compreendidos de novembro a março, tendo um forte declínio nos meses frios, de abril a setembro (Souza Filho *et al.*, 2002).

No caso de cultivo de peixes nativos, observa-se a dificuldade de obtenção dos alevinos e seu alto custo de aquisição, por este motivo é imprescindível à pesquisa que vem sendo desenvolvida nesta área, para reverter esta situação, visto que hoje, peixes nativos já possuem um valor diferenciado no mercado.

O sucesso da piscicultura comercial depende de uma série de fatores, e de suas relações com a cadeia produtiva dos peixes. Para obtermos sucesso na produção devemos alcançar alguns objetivos como:

- Realizar estudos de mercado
- Utilizar um sistema de produção adequado
- Planejamento dos ciclos de produção
- Adequação dos custos de produção, ao mercado consumidor.

Estes são somente alguns parâmetros dentre vários necessários para que se obtenha respostas significativas e sucesso na criação de peixes. Se adequando ao mercado consumidor e observando os nichos de mercado, pode-se expandir a produção e garantir que a piscicultura se torne a principal fonte de renda dentro da propriedade agrícola, o que vem já acontecendo, tornando-se assim um empreendimento de sucesso (Ozório *et al.*, 2004).

1.4 Estágio

O estágio realizou-se no período de fevereiro a maio de 2007, totalizando 360 horas. Foi realizado no Laboratório de Biologia e Cultivo de Peixes de Água Doce – LAPAD, pertencente ao departamento de Aqüicultura do Centro de Ciências Agrárias da Universidade Federal de Santa Catarina, localizado em Florianópolis. O enfoque principal foi o acompanhamento de atividades de rotina de um laboratório de pesquisa e

desevolvimento de tecnologias de cultivo de peixes nativos, com ênfase em reprodução e larvicultura. Desta forma, o objetivo de realizar o estágio nesta área foi o constante crescimento do setor produtivo, a procura por pessoas especializadas e a possibilidade de aplicar conhecimento teórico à prática, visando uma oportunidade de grande aprendizado.

2 DESCRIÇÃO DO LOCAL DE ESTÁGIO

O Laboratório de Biologia e Cultivo de Peixes de Água Doce (LAPAD) está localizado no município de Florianópolis – SC.

O LAPAD pertence ao Departamento de Aqüicultura do Centro de Ciências Agrárias (CCA) da Universidade Federal de Santa Catarina, e realiza uma série de estudos voltados para o manejo, conservação da ictiofauna da região do alto rio Uruguai, localizado entre os estados de Santa Catarina e Rio Grande do Sul, e cultivo de peixes nativos.

As principais linhas de pesquisa que vêm sendo desenvolvidas pelo LAPAD são as seguintes:

- Monitoramento da ictiofauna do alto rio Uruguai;
- Distribuição de ovos e larvas de peixes;
- Manejo de operação das turbinas e vertedouros da UHE Itá;
- Produção pesqueira dos reservatórios das UHE de Itá e Machadinho;
- Conservação da diversidade de peixes migradores;
- Avaliação da diversidade genética;
- Desenvolvimento de tecnologia de cultivo;
- Cultivo de peixes em tanques-rede;
- Caracterização de ambientes e estudos de impacto ambiental;
- Nutrição de organismos aquáticos;

O laboratório trabalha sob a coordenação dos seguintes professores: Evoy Zaniboni Filho, Alex Pires de Oliveira Nuñez e Débora Machado Fracalossi, juntamente com uma equipe técnica que auxilia no desenvolvimento e execução dos projetos estudados.

No LAPAD são realizadas reproduções de diversas espécies de peixes nativos como exemplo, o jundiá (*Rhamdia quelen*), piracanjuba (*Brycon orbignyanus*), curimba (*Prochilodus lineatus*), surubim pintado (*Pseudoplatystoma corruscans*) e dourado (*Salminus brasiliensis*).

Para acondicionamento e estocagem dos reprodutores e alevinos produzidos, existe um convênio com uma fazenda localizada no município de Santo Amaro da Imperatriz, que possui uma área alagada de aproximadamente 1,5 hectares, divididos em 14 tanques com dimensões entre 400 a 1600 m². A fazenda Mapiju conta com um fornecimento de água de boa qualidade, proveniente de nascentes e cachoeiras

localizadas acima do nível dos tanques, cerca de 1000 m (Figura 1 e 2), sendo a água transportada até a fazenda através de mangueirões e tubulações de pvc, que captam a água neste local e transportam até um reservatório, onde é distribuída para os tanques.



Figura1 e 2. Tanques da Fazenda Mapiju. Santo Amaro da Imperatriz/2007.

Para manipulação, indução e reprodução dos peixes, o LAPAD conta com uma infra-estrutura de alvenaria, localizada na sede em Florianópolis. Os peixes trazidos da fazenda ficam acondicionados em caixas plásticas de 1000 litros, com sistema de circulação de água fechada e filtrada, onde é realizado o manejo de reprodução. Após a etapa de reprodução concluída, os animais são novamente transportados para a fazenda, sendo esta etapa de transporte realizada com o auxílio de caixas adequadas e uso de cilindro de oxigênio.

Entre os trabalhos realizados no LAPAD, destacam-se os experimentos de mestrado e doutorado de alunos da UFSC. Durante o ano é possível observar mestrandos, doutorandos e estagiários de diversas regiões do país, que buscam o conhecimento e experiência no cultivo, reprodução e manejo de peixes nativos de água doce, encontrados nos rios brasileiros.

3 O JUNDIÁ

O jundiá *Rhamdia quelen* (Siluriforme: Heptapteridae) é um bagre de água doce, nativo do continente americano, presente em bacias hidrográficas que se estendem desde o sudeste do México até o centro da Argentina (Zaniboni Filho, 2004).

É um peixe de couro cuja cor varia de marrom-avermelhado claro a cinza, com a parte ventral do corpo com coloração mais clara. Um melhoramento genético deste peixe produziu o chamado jundiá cinza, que segundo alguns criadores, apresentariam um melhor rendimento durante o cultivo. Além destes, temos o jundiá “amarelo”, preto e albino ou branco. Quando colocado em ambientes mais claros ou em ambientes mais escuros, o jundiá tende a ficar com uma coloração mais clara ou escura, dependendo onde se encontra. Isto ocorre por que este animal possui melanina suficiente para escurecer ou clarear sua superfície corporal, exceto no caso do jundiá branco (Baldiasserotto, 2004).

O jundiá (Figura 3) possui barbilhões que se localizam junto à boca e que servem como receptores de gosto, ajudando na localização de alimentos e na percepção da qualidade de água. A respiração ocorre através de brânquias, onde ocorre a passagem do oxigênio da água para o sangue que circula dentro dos filamentos das brânquias (Baldiasserotto, 2004).



Figura 3: Jundiá (*Rhamdia quelen*). LAPAD/UFSC/2007.

Este peixe vive em lagos e poços fundos dos rios, preferindo, quando possível, ambientes de água mais calmas, com fundo de areia e lama, junto às margens e

vegetação. Escondem-se entre troncos e pedras, de onde saem à noite a procura de alimentos. Os animais adultos são onívoros e as larvas alimentam-se de zooplâncton.

A temperatura influencia o crescimento, visto que, como na maioria dos peixes, o jundiá varia sua temperatura corporal em razão da temperatura do ambiente. Pode sobreviver a temperaturas de até 3°C, desde que adaptado lentamente, contudo, menor será seu metabolismo e ingestão de alimentos. Para a alevinagem e larvicultura, as temperaturas devem ficar em torno de 17 a 27°C, pois em temperaturas acima de 31-32°C começaram a ocorrer mortes dos alevinos (Baldisserotto *e* *Silva*., 2004).

4 OBJETIVOS

4.1 Objetivo Geral

Acompanhar os trabalhos de rotina de um laboratório de pesquisa com peixes nativos de água doce.

4.2 Objetivos Específicos

Acompanhar o manejo de manutenção e seleção de reprodutores para desova;

Acompanhar os trabalhos de indução hormonal, desova, incubação e larvicultura;

Acompanhar o processo de indução a triploidia em jundiá;

Acompanhar os trabalhos para produção de alevinos para pesquisa.

5 MATERIAL E METODOS

Foram realizadas atividades de reprodução e manejo de peixes nativos de água doce, no Laboratório de Biologia e Cultivo de Peixes de Água Doce. São realizados trabalhos de pesquisa e práticos, direcionados à obtenção de alevinos, para posteriores solturas nos rios e represas, de acordo com os projetos realizados em questão.

5.1 Manutenção de Reprodutores

Os reprodutores são mantidos na fazenda Mapiju, em tanques escavados na terra, com renovação e saída de água controlada. Geralmente são separados por espécies e acondicionados nos tanques com diferentes densidades. Isto depende da disponibilidade de locais para realizar este trabalho. Recebem alimentação diária balanceada, com quantidades pré-estabelecidas. Quando necessário, são realizados manejos como: biometrias e classificação por tamanho para obter lotes homogêneos. Para o controle de doenças e parasitas, foram realizadas medidas, quando necessárias, através da aplicação de produtos, nos tanques e caixas de transporte, como sal e dimilim.

5.2 Seleção de Reprodutores

Segundo Zaniboni-Filho e Nuñez. (2004), para obter sucesso no processo de indução e maturação final da desova, basicamente consiste na escolha correta dos peixes que possivelmente responderão à indução hormonal, resultando na ovulação ou espermição de gametas viáveis.

Os animais são estocados em tanques convencionais escavados na terra e capturados através de arrastões com redes próprias para o manejo de peixes. No ato da captura e manejo dos animais, realiza-se a seleção da seguinte maneira: visualização de fêmeas com o abdômen dilatado e macio, e que apresentam a papila genital intumescida e avermelhada (Woynarovich & Horvath, 1983); e realização de pressão abdominal, até que seja eliminada uma pequena quantidade de ovócitos. A seleção dos machos foi feita através da pressão abdominal, de modo que os peixes maduros eliminem pequenas quantidades de sêmen (Zaniboni-Filho e Nuñez, 2004).

Animais que atendessem estes requisitos eram selecionados e transportados ao laboratório, para posterior indução hormonal e desova.

5.3 Reprodução Induzida e Desova

Ao chegar no laboratório com os reprodutores selecionados, estes foram separados por sexo, dividiu-se visualmente as fêmeas por grupos de acordo com o peso e tamanho, para facilitar o cálculo da quantidade de hormônio indutor necessário. O hormônio que foi utilizado é o EPC – Extrato de Pituitária de Carpa, aplicado em duas doses com concentração de 0,5 mg/Kg de peixes na primeira dosagem e 5 mg/Kg de peixes na segunda aplicação. O intervalo entre a primeira e a segunda dose, fica em torno de aproximadamente 12 horas. Para diluir o EPC, usou-se soro fisiológico com concentração de 0,9% numa relação de 1 ml/Kg de animal. Nos machos foi realizada uma única aplicação de hormônio, no mesmo momento em que era aplicada a segunda dose de hormônio nas fêmeas.

A aplicação do extrato hipofisiário pode ser feita junto à base da nadadeira peitoral, com o auxílio de uma seringa descartável, ou próximo à nadadeira dorsal, via intramuscular (Figura 4). Tendo sempre o cuidado para que o hormônio aplicado não seja expelido através de contrações dos músculos.



Figura 4. Aplicação do extrato hipofisiário via intramuscular. LAPAD/UFSC/2007.

Após a aplicação do hormônio, estima-se o horário da desova por meio do “grau hora”, que é o somatório das temperaturas da água onde estão mantidos os reprodutores, medidas a cada hora, após a indução até o momento da desova. Para o jundiá, a hora grau varia com a temperatura da água e com o número de doses aplicadas (Tabela 1).

Tabela 1. Horas grau e tipo de aplicação hormonal para desova do jundiá (Baldiasserotto, 2004).

Dose (extrato hipofisiário)	Temperatura (°C)	Hora Grau (°C.h)	Tempo de desova após a indução(h)
Duas Doses	22-27	220-240	12-15
Única 4 mg/Kg	24	264-288	11-12
Única 5 mg/Kg	24	288-336	12-14
Única 5 mg/Kg	22	336-352	15-16

Após 220-240 hora-grau da última dosagem, acontece a desova. Nesta etapa pegamos as fêmeas com o auxílio de panos, secamos os reprodutores e realizamos uma massagem abdominal no sentido anterior-posterior (Figura 5). O objetivo é de extrusar os ovócitos, que serão acondicionados em um recipiente completamente limpo e seco, para evitar contaminação e hidratação dos ovócitos antes do momento adequado (Silva *et al.*, 2004).



Figura 5. Extrusão de ovócitos de Jundiá (*Rhamdia quelen*). LAPAD/UFSC/2007.

Após obter os ovócitos das fêmeas, realizou-se a coleta de sêmen dos machos, também através de massagem abdominal (Figura 6). Todos os materiais utilizados e os peixes devem estar secos, no momento da coleta, para não ocorrer a ativação dos gametas. Em seguida, juntam-se todo material coletado em um único recipiente para efetuar a homogeneização. Após esta etapa adiciona-se água a uma temperatura de 25°C

e mexe-se imediatamente com o auxílio de uma espátula todo o conteúdo do recipiente, para garantir a ocorrência de uma alta taxa de fecundação dos ovócitos (Woynarovich & Horvath, 1983).



Figura 6. Extração de sêmen de Jundiá (*Rhamdia quelen*). LAPAD/UFSC/2007.

5.4 Indução à Triploidia

A triploidia é uma técnica de manipulação cromossômica que tem sido encarada como uma solução efetiva para os problemas gerados pela maturação sexual precoce em diversas espécies de peixes comercialmente importantes, como: carpa comum, *Cyprinus carpio*; truta arco-íris, *Oncorhynchus mykiss*; salmão do atlântico, *Salmo salar*; Sea bass, *Dicentrarchus labrax*, bagre africano, *Heterobranchus longifilis*; bagre do canal, entre outros.

Esta técnica tem como objetivo produzir esterilidade genética e/ou gonadal, e pode ser facilmente efetuada através da aplicação de choques térmicos ou de pressão em ovos recém fertilizados, com o propósito de impedir a metáfase durante a meiose II (Huerger, 2004). Desta forma, o segundo corpúsculo polar permanece retido nos ovos, gerando organismos com um cromossomo extra-set, triplóides.

No LAPAD utiliza-se a técnica de pressão em ovos recém fertilizados. O processo consiste em submeter os ovos a uma pressão de 5000 psi, 5 minutos após a fertilização por 5 minutos com o auxílio de uma prensa hidráulica e câmara de pressão hidrostática. Posteriormente, os ovos são retirados da câmara de pressão e incubados normalmente em incubadoras cilindro cônicas com fluxo constante de água.

5.5 Incubação dos Ovos e Larvicultura

Após realizada a fecundação dos ovos nos recipientes, estes foram acondicionados em uma incubadora do tipo Zoug (que parece uma garrafa virada com a abertura para baixo) (Figura 7 e 8), com temperatura controlada de 26°C. Estas incubadoras possuem um sistema de abastecimento de água, que promove uma boa movimentação dos ovos na fase inicial, promovendo também uma vazão controlada de água de acordo com o desenvolvimento embrionário e larval.



Figura 7e 8: Vistas lateral e superior das incubadoras, respectivamente. LAPAD/CCA/2007.

As incubadoras possuem capacidade de aproximadamente 200 e 56 L de água, onde os ovos são colocados para eclosão (Figura 9). A densidade varia de acordo com as necessidades de produção e se houve algum tratamento diferenciado no momento da fecundação (Figura 10), como por exemplo, a triploidia ou realização de algum experimento de pesquisa. Durante um período de três a cinco dias ocorrerá a eclosão dos ovos. Este tempo pode ser influenciado pela temperatura da água, ocorrendo menor período de incubação quando em temperaturas mais altas, em torno de 26 °C.



Figura 9: Incubadora com ovos fecundados. LAPAD/CCA/2007.



Figura 10: Em destaque a densidade dos ovos. LAPAD/CCA/2007.

A partir do momento que ocorre a eclosão, é necessário retirar os ovos mortos e as membranas dos ovos, oriundos da eclosão das larvas. Com isso, mantém-se um nível de sanidade adequado na incubadora e diminui-se a taxa de mortalidade das larvas (Figura 11), melhorando assim o ambiente em que estão, pela diminuição de material contaminante.



Figura 11: Larvas de Jundiá (*Rhamdia quelen*). LAPAD/UFSC/2007.

No período em que as larvas iniciaram a alimentação, foram administradas quantidades diárias de artêmia, em diferentes horários. Estas artêmias são incubadas no próprio laboratório, mas são adquiridas em lojas especializadas. A artêmia é um microcrustáceo de água salgada utilizada amplamente na larvicultura de peixes marinhos.

Para realizar a eclosão dos náuplios de artêmia, pesava-se 50g de cisto e colocava-se na incubadora, com aproximadamente 40 L de água tratada e aeração constante, com uma salinidade de 24‰, ficando em temperatura ambiente, com uma

fonte de luz sobre a incubadora (Figura 12). Após 24 horas ocorreria a eclosão. Retira-se então, a luz e a aeração, fazendo com que os náuplios de artêmia, nadem em direção à luz, devido possuírem um fototropismo positivo, coletando-se assim somente os náuplios, sem impurezas.



Figura 12. Incubação de Artêmias. LAPAD/UFSC/2007.

5.6 Tratamento de Enfermidades

Com o intenso crescimento da piscicultura de água doce, cada vez mais, busca-se aumentar o volume de peixes produzidos em um menor volume de água. Contudo, com a intensificação do confinamento no ambiente de cultivo, podem-se ter problemas com o aparecimento de organismos indesejáveis. Estes organismos poderão prejudicar a criação dos peixes, podendo em alguns casos ocorrer uma grande redução na população em um curto período de tempo. Para contornar esta situação, algumas medidas podem ser tomadas a fim de amenizar ou eliminar o impacto causado por estes organismos nocivos. No LAPAD, temos dois patógenos com maior incidência e que podem comprometer a produtividade se não tratados e manejados corretamente, a *Lerneia cyprinaceae* e o *Ichthophthirus multifiliis*.

A lernose é causada por *Lerneia cyprinaceae*, um crustáceo que chama a atenção por ser quase sempre visível de imediato. Sua ação sobre os peixes pode ser direta, podendo ao mesmo tempo, funcionar como vetor de algumas doenças causadas por vírus, causando grandes prejuízos nos cultivos de peixes de água doce. Estes crustáceos são geralmente encontrados nas brânquias e base das nadadeiras, causando lesões que podem provocar leves hemorragias e possibilidade de infecção de fungos e bactérias

presentes nos locais de cultivo. Os prejuízos causados são a perda de peso dos animais, e alteração no comportamento. Na ocorrência deste crustáceo utilizou-se para controle Dimilin (diflubenzuron), aplicado nos tanques de terra onde se encontram estocados as matrizes e alevinos, numa concentração de 300 g do produto para cada 1000 m² de área (Pavanelli *et al.*, 1998).

O *Ichthophthirus multifiliis*, conhecido popularmente por ictio, é um protozoário ectoparasita que se localiza na pele e brânquias dos peixes. É o parasita responsável pelos maiores prejuízos em nível mundial para a piscicultura. A doença causa pontos brancos espalhados pelo corpo e pelas brânquias e aparece com maior frequência onde ocorrem oscilações térmicas bruscas, ou em lugares que possuem qualidade de água inadequada, provocando o estresse nos peixes e favorecendo a disseminação. É uma doença difícil de ser tratada, principalmente em tanques de grande porte, por se propagar rapidamente.

Quando constatado o aparecimento no laboratório, foi realizada uma parada sanitária, com limpeza e desinfecção de todo o sistema de circulação e recirculação de água. Nos animais infectados, realizou-se banhos de sal na concentração de 10 g por litro em caixas de 1000 L, afim de controlar e erradicar a doença (Pavanelli *et al.*, 1998).

5.7 Medidas Profiláticas

A profilaxia é uma prática que pode ser utilizada quando se deseja evitar as doenças que normalmente se manifestam em peixes que estão confinados. Estas medidas são indicadas, principalmente, para o tratamento de patologias externas, causadas por parasitas, bactérias ou fungos.

Para realizar este tratamento utilizamos o cloreto de sódio (NaCl), sal de cozinha, principalmente durante o transporte. É muito vantajoso por ser um produto que não oferece perigo aos peixes e ao meio ambiente, sendo atóxico e encontrado facilmente para compra. O sal estimula a secreção de muco na pele e assim aumenta a proteção contra agentes patogênicos externos. A utilização de sal não deve ser realizada em viveiros de grandes dimensões, devido ao grande volume do produto a ser empregado, o que, em alguns casos, torna-se inviável devido aos custos elevados (Pavanelli *et al.*, 1998).

No laboratório, utilizamos o sal no manejo de matrizes quando era realizado o transporte dos animais da fazenda para o laboratório ou em alguns casos, quando os animais eram levados novamente para a fazenda. Os banhos eram realizados na caixa de transporte dos animais, com uma concentração de 5g de sal por 1 L de água.

5.8 Avaliação a tendência de crescimento de pós-larvas diplóides e triplóides do jundiá (*Rhamdia quelen*)

O presente estudo foi realizado no Laboratório de Biologia e Cultivo de Peixes de Água Doce (LAPAD), do Departamento de Aqüicultura da Universidade Federal de Santa Catarina em abril de 2007.

As matrizes de jundiá utilizadas descendem de populações selvagens da bacia do rio Uruguai e pertencem ao plantel de reprodutores mantido pelo LAPAD. Para induzir a desova, fêmeas de jundiá receberam duas doses (0,5mg/kg peso vivo; 5,0mg/kg peso vivo) de extrato de pituitária de carpa com intervalo de 12 horas/ dose, respectivamente. Os machos receberam apenas a segunda dose. A obtenção dos gametas foi realizada por extrusão, com 220-240 °C.h após a aplicação de EPC, com posterior formação de pools de gametas e fertilização “a seco”, de acordo com protocolo descrito por Woynarovich & Horvath (1980), adicionando 0,5 ml de sêmen para cada 100g de ovócitos. Após a mistura dos gametas, os mesmos foram pesados e divididos em dois béqueres de 1000 ml. Em seguida foi adicionada água (25°C). Decorridos cinco minutos os ovos contidos em um becker foram colocados em uma câmara de pressão hidrostática (Figura 15), induzindo-os à triploidia através um choque de pressão de 5000 psi (aproximadamente 7 toneladas), com duração de 5 minutos, por meio de uma prensa hidráulica (Figura 16) de acordo com o protocolo proposto por Huergo & Zaniboni Filho (2006), para a mesma espécie. Em seguida, foram retirados da câmara hidrostática (Figura 17) e encaminhados às unidades de incubação.



Figura 15: Câmara de pressão hidrostática.



Figura 16. Prensa Hidráulica. LAPAD/CCA/2007.



Figura 17: Retirada dos ovos da câmara de pressão hidrostática. LAPAD/UFSC/2007.

Durante período experimental foram utilizadas incubadoras de fibra de vidro, brancas, do tipo funil com capacidade de 200 L. Ovos diplóides e triplóides foram cultivados separadamente em 5 incubadoras. A taxa de fertilização dos ovos foi realizada 12 horas após a fertilização. A eclosão dos ovos ocorreu com 36 horas de incubação e durante 48 horas as larvas se mantinham exclusivamente do vitelo. Após este período as larvas foram alimentadas quatro vezes ao dia, às 8:00; 11:00; 14:00 e 17:00 horas com artêmia. A temperatura da água foi mantida a 26°C e a qualidade da

água, oxigenação e movimentação dos ovos foi garantida pela troca constante através da utilização de um sistema de recirculação.

O crescimento das pós-larvas foi avaliado a partir do início da alimentação exógena. Foram coletadas 7 pós-larvas de cada incubadora a cada 12 horas, às 36, 48, 60, 72 e 84 horas após a eclosão. As larvas amostradas foram fixadas em formol 4% tamponado para posterior biometria do comprimento total e peso. O comprimento total foi medido sob microscópio estereoscópio equipado com ocular micrométrica (10x), e o peso foi registrado com a utilização de uma balança analítica com precisão de 0,01mg.

6 RESULTADOS E DISCUSSÃO

O período de realização do estágio de conclusão de curso enquadrou-se em um momento, em que o pico das atividades reprodutivas da maioria das espécies de peixes nativos já estava fora do período ideal. Consequentemente foi possível o acompanhamento da reprodução de uma única espécie de peixe, o jundiá (*Rhamdia quelen*).

Observa-se que o jundiá é um peixe dócil, que responde muito bem a indução hormonal e que está sendo muito estudado e pesquisado, devido à sua carne ser de boa qualidade e apresentar bom valor comercial.

Muitas vezes as condições de cultivo não são as mais favoráveis para que ocorra a desova e espermição do jundiá, de modo que para se obter melhores resultados na reprodução dos peixes, é necessário realizar a indução das fêmeas e machos, para obter-se a desova no momento desejado e em condições controladas. Isto permite um melhor acompanhamento das fases iniciais do desenvolvimento, de modo a alcançar uma maior produção de alevinos.

A reprodução natural dos peixes apresenta um ritmo interno do próprio corpo, que é alterado ou iniciado por mudanças ambientais, como o aumento de temperatura e fotoperíodo, de modo a encaixar o período da reprodução, em uma época favorável ao desenvolvimento das larvas e alevinos (Silva *et al.*, 2004).

As desovas são realizadas de forma simples e eficiente, de acordo com protocolos pré-estabelecidos, trazendo assim resultados esperados, quanto ao número de desovas e quantidade de material genético a ser coletado.

A larvicultura é o ponto chave para a produção, pois se as larvas forem bem alimentadas e saudáveis, consequentemente haverá sucesso na produção de alevinos (Silva, 2004).

Além das atividades de reprodução em laboratório, foram desempenhados trabalhos na fazenda, como manejo de dourados, pintados, jundiá e piracanjubas, onde eram realizadas biometrias, remanejamento, contagem, colocação de transpondes no caso de peixes nativos recém chegados a fazenda (Figura 13 e 14), separação de animais por tamanho e seleção de peixes para reprodução. São medidas importantes, para se obter um manejo e controle adequado dos animais.



Figura 13: Leitor, aplicador e transponde (em destaque). Fazenda Mapiju/Santo Amaro da Imperatriz/2007.



Figura 14: Colocação do transponde em Dourado (*Salminus brasiliensis*). Fazenda Mapiju/Santo Amaro da Imperatriz/2007.

A análise dos dados a seguir, refere-se a diferença de ganho de peso, de crescimento e altura, em intervalos de 12 h entre as larvas diplóides e triploides, conforme demonstram os gráficos a seguir. Os dados não foram submetidos a análise estatística, limitando-se apenas a uma apresentação dos dados obtidos.

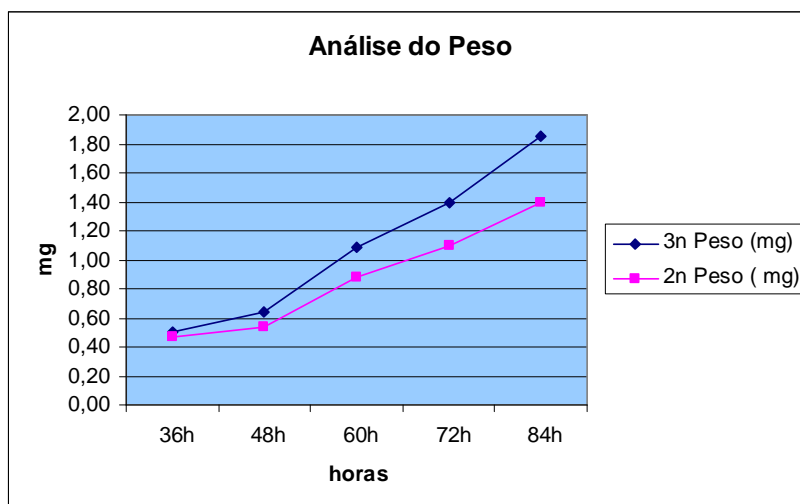


Gráfico 1: Análise do peso de larvas diplóides e triplóides de jundiá (*Rhamdia quelen*) nas primeiras horas do início da alimentação.

Pode-se observar que o peso das pós-larvas 3n foi superior aos 2n durante o período analisado. O ganho de peso total foi 1,35 mg e 0,93 mg, respectivamente, para 3n e 2n.

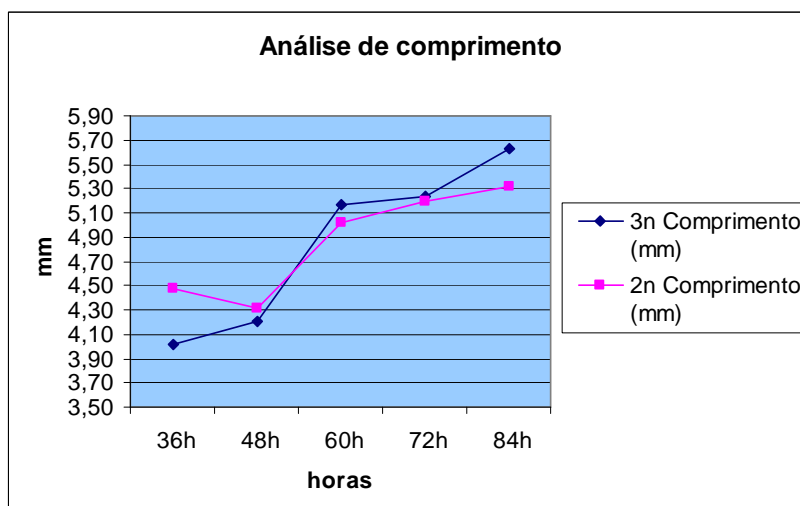


Gráfico 2: Análise de comprimento total de larvas diplóides e triplóides de jundiá (*Rhamdia quelen*) nas primeiras horas do início da alimentação.

Em 36 e 48 horas, as pós-larvas 2n apresentaram comprimento superior ao 3n, invertendo-se esta situação a partir de 48 horas. O ganho em comprimento total foi de 1,61mm para os 3n e para os 2n, 1,41mm.

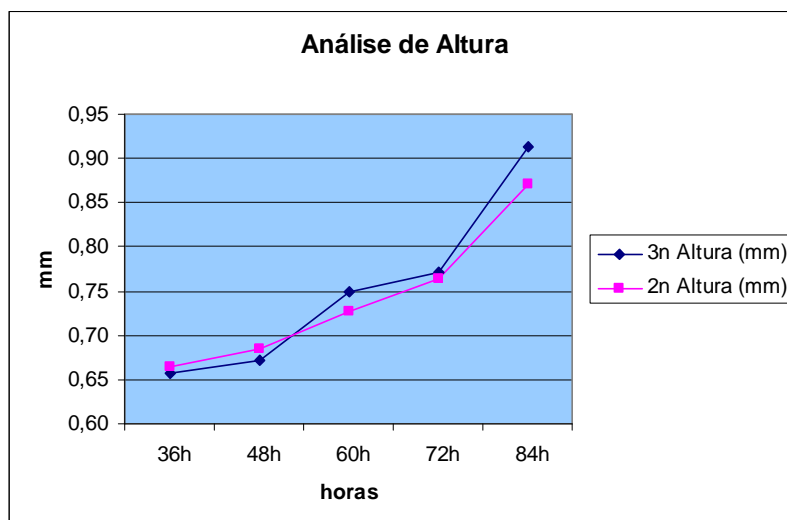


Gráfico 3: Análise de altura de larvas diplóides e triplóides de jundiá (*Rhamdia quelen*) nas primeiras horas do início da alimentação.

Assim como no gráfico anterior, houve superioridade inicial das pós-larvas 2n quanto comparados em 3n com relação a altura. O ganho em altura total foi de 0,26 mm para os 3n e 0,21mm para os 2n.

Através dos dados, pode-se afirmar que animais 3n possuem comprimento e altura menor que os animais 2n, nas primeiras 12 horas do período de avaliação, mas um maior ganho de peso. Observa-se que nas demais horas, animais 3n são sempre superiores em todas as variáveis analisadas, ganho de peso, comprimento e altura, em relação aos animais 2n.

7 CONSIDERAÇÕES FINAIS

No LAPAD, foi possível acompanhar e avaliar a importância de projetos de pesquisa, responsáveis pela geração de novas tecnologias, pelo conhecimento das espécies, pela viabilidade técnica e econômica na reprodução de peixes nativos de água doce, através de contato direto com mestrandos e doutorandos.

No que se refere ao processo reprodutivo do jundiá, conforme observado, o mesmo apresenta algumas características desejáveis, como por exemplo, facilidade de seleção de reprodutores, baixíssimo índice de mortalidade dos reprodutores, elevada produção de óvulos e docilidade no processo reprodutivo. Estas características potencializam a expansão do seu cultivo.

A triploidia mostrou-se uma técnica viável para quem procura realizar cultivos de engorda, de acordo com os resultados do experimento realizado, esta técnica proporciona um maior ganho de peso e rendimento de carcaça em animais que passam por este processo.

Os trabalhos realizados possibilitaram aprender e colocar em prática os conhecimentos adquiridos ao longo do curso. O tempo de realização do estágio para concretizar as atividades de reprodução, manejo, larvicultura, foi suficiente, permitindo avaliar todas as fases de produção. O local de estágio apresentou infra-estrutura e oportunidade para o aprendizado, referente a reprodução, alevinagem, seleção, manejo, de peixes nativos de água doce.

O estágio proporciona a integração e transmissão do conhecimento, de uma forma diferente do que a repassada em sala de aula. É muito válida esta experiência para a formação do profissional.

REFERENCIAS BIBLIOGRAFICAS:

BALDISSEROTTO, B. Biologia do jundiá. In: BALDISSEROTTO, B; NETO, J. R.(Eds) **Criação de Jundiá** 1. ed. Santa Maria: Ed. UFSM, 2004. cap. 3, p.67-72.

BALDISSEROTTO, B.; SILVA, L.V. F. da. Qualidade da água. In: BALDISSEROTTO, B; NETO, J. R.(Eds) **Criação de Jundiá** 1. ed. Santa Maria: Ed. UFSM, 2004. cap. 4, p.73-92.

BASAVARAJU, Y.; MAIR, G. C.; MOHAN KUMAR, H. M.; PRADEEP KUMAR, S.; KESHAVAPPA, G. Y., PENMAN, D. J. An evaluation of triploidy as a potential solution to the problem of precocious sexual maturation in common carp, *Cyprinus carpio*, in Karnataka, India. **Aquaculture**, Amsterdam, v.204, p.407-418, 2002.

BONNET, S.; HAFFRAY, P.; BLANK, J. M.; VALLÉE, F.; VAUCHEZ, C.; FAURÉ, A.; FAUCONNEAU, B. Genetic variation in growth parameters until commercial size in diploid and triploid freshwater rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*) and seawater brown trout (*salmo trutta*). **Aquaculture**, Amsterdam, v.173, p.359-375, 1999.

CASTAGNOLLI, N. Estado da Arte da Aqüicultura brasileira.. In: CYRINO, J.E.P.; URBINATI, E.C.; FRACALOSSO, D.M.; CASTAGNOLLI, N. **Tópicos especiais em piscicultura de água doce intensiva**. São Paulo: TecArt, 2004. 1-6 p.

HUERGO, G. P. C. M. **Indução a triploidia no Jundiá** (*Rhamdia quelen*, QUOY & GAIMARD, 1824) através do choque de pressão hidrostática. 2004. 33p. Dissertação (Mestrado em Aqüicultura) - Curso de Pós Graduação em Aqüicultura, Universidade Federal de Santa Catarina, Florianópolis. 33p.

HUERGO, G. M.; ZANIBONI FILHO, Evoy . Triploidy Induction in Jundiá (*Rhamdia quelen*, Quoy & Gaimard 1824) through hydrostatic pressure shock. *Journal of Applied Aquaculture*, v. 18, n. 4, p. 45-57, 2006.

OLUFEAGBA, S. O.; ALUKO, P. O.; OMOTOSHO, J. S. Effect of triploidy on fertility of African catfish *heterobranchus longifilis* (Family: Clariidae). **Journal of Fisheries Technology**, v.2, p.43-50, 2000.

OPPEDAL, F.; TARANGER, G. L.; HANSEN, T. Growth performance and sexual maturation in diploid and triploid Atlantic salmon (*Salmo solar* L.) in seawater tanks exposed to continuous light or simulated natural photoperiod. **Aquaculture**, Amsterdam, v. 215, p.145-162, 2003.

OSTRENSKY, A.; BOERGER, W. **Piscicultura: fundamentos e técnicas de manejo**. Guaíba Agropecuária. 1998

OZORIO, R.O. de A.; AVNIMELECH, Y.; CASTAGNOLLI, N. In: CYRINO, J.E.P.; URBINATI, E.C.; FRACALOSSO, D.M.; CASTAGNOLLI, N. **Tópicos especiais em piscicultura de água doce intensiva**. São Paulo: TecArt, 2004. 7-24p.

NETO, J.F. (2001) **Problemas Ambientais Rurais e Mudanças Sócio-Técnicas: A trajetória da piscicultura orgânica em Santa Catarina**. Dissertação de doutorado, curso de pós graduação em ciências humanas, sociedade e meio ambiente, UFSC.

PAVANELLI, G.C.; EIRAS, J. da C.; TAKEMOTO, R.M. **Doenças de peixes: profilaxia, diagnóstico e tratamento**. Maringá: EDUEM: CNPq: Nupéia, 1998. 264p.

PERUZZI, S.; CHATAIN, B.; SAILLANT, E.; HAFFRAY, P.; MENU, B.; FALGUIÈRE, J. Production of meiotic gynogenetic and triploid sea bass, *Dicentrarchus labrax* L. 1. Performances, maturation and carcass quality. **Aquaculture**, Amsterdam, v.230, p.41-64, 2004.

POLI, C.R.; GRUMMANN, A. & BORGUETTI, J.R. Situação atual da agricultura na região sul. In: VALENTI, W.C.; POLI, C.R.; PEREIRA, J.A, BORGHETTI, J.R. **Aqüicultura no Brasil: bases para um desenvolvimento sustentável**. Brasília: CNPq, 2000, p.323-325.

PROENÇA, C. E. M. de; BITTENCOURT, P.R.L. **Manual de piscicultura tropical**. Brasília: IBAMA, 1994. 196p

SILVA, L.V.F. da; NETO, J.R.; BALDISSEROTTO, B. Reprodução. In: BALDISSEROTTO, B; NETO, J. R.(Eds) **Criação de Jundiá** 1. ed. Santa Maria: Ed. UFSM, 2004. cap. 5, p.95-105.

SILVA, L.V.F. da. Incubação e Larvicultura. In: BALDISSEROTTO, B; NETO, J. R.(Eds) **Criação de Jundiá** 1. ed. Santa Maria: Ed. UFSM, 2004. cap. 6, p.107-115.

SOUZA FILHO, J.; SCHAPPO, C.L.; TAMASSIA, S.T.J. **Custo de produção de peixe de água doce: modelo Alto Vale do Itajaí**. Florianópolis: Instituto Cepa/SC, Epagri, 2002. 40 p.

WOYNAROVICH, E.; HORVATH, L. The artificial propagation of warm-water finfishes: A manual for extension. **FAO Fisheries Technical Paper**, Rome, n.201, 181p, 1980.

WOYNAROVICH, E.; HORVATH, L **A propagação artificial de peixes de águas tropicais: Manual de extensão**. FAO/CODEVASF/CNPq, Brasília. 1983.

ZANIBONI-FILHO, E. Piscicultura das espécies nativas de água doce. In: POLI, C.R.; POLI, A.T.B.; ANDREATTA, E.R.; BELTRAME, E. (Eds) **Aquicultura: experiências brasileiras**. 1. ed. Santa Catarina: Multitarefa, 2004. cap. XIV, p.337-368.

ZANIBONI-FILHO, E.; NUNER, A.P. de O. Fisiologia da reprodução e propagação artificial dos peixes. In: CYRINO, J.E.P.; URBINATI, E.C.; FRACALLOSSI, D.M.; CASTAGNOLLI, N. **Tópicos especiais em piscicultura de água doce intensiva**. São Paulo: TecArt, 2004. 45-73p.